



Podridão negra de repolho em Mocambique
estratégias para o Maneio Sustentável da Doença: Manual de Campo
Bila, João; Mondjana, Ana; Mortensen, Carmen Nieves; Lund, Ole Søgaaard

Publication date:
2012

Document version
Også kaldet Forlagets PDF

Citation for published version (APA):
Bila, J., Mondjana, A., Mortensen, C. N. (Ed.), & Lund, O. S. (2012). *Podridão negra de repolho em Mocambique: estratégias para o Maneio Sustentável da Doença: Manual de Campo*. Danish Seed Health Centre for Developing Countries, University of Copenhagen.

Podridão negra de repolho em Moçambique:

Estratégias para o manejo sustentável da doença

Manual de Campo

2012



João Bila, Ana M. Mondjana, Carmen Nieves Mortensen, Ole S. Lund

Research Outputs of the Danida Enreca Project Life-731

DSHC e associados publicam e distribuem artigos de pesquisa e boletins técnicos.

Dúvidas podem ser enviadas para:

Assoc. Prof. C.N. Mortensen
Danish Seed Health Centre, Department of Agriculture and Ecology,
Faculty of Science, University of Copenhagen, Denmark
cnm@life.ku.dk; www.dshc.life.ku.dk

Mozambique:

Faculdade de Agronomia e Engenharia Florestal, Universidade Eduardo Mondlane
(UEM), Maputo, Mozambique

Prof. Ana M. Mondjana
amondjana@uem.moz; anamondjana@gmail.com
João Bila
joaobilay@yahoo.com.br; jbilay@gmail.com



Capa: sintomas de podridão negra em repolho causadas por *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* em Moçambique (página principal)
produção de plantas de repolho numa horta em Moçambique (última página)

©2012 DSHC (Danish Seed Health Centre). Todos os direitos reservados. Parte desta publicação pode ser reproduzida com a permissão da DSHC

Publicado por DSHC, Copenhaga, Dinamarca 2012

Podridão negra de repolho em Moçambique: Estratégias para o Maneio Sustentável da Doença

Manual de Campo

2012

Produzido por:

João Bila¹, Ana Mondjana¹, Carmen Nieves Mortensen², Ole S Lund²

¹ Faculdade de Agronomia e Engenharia Florestal, Universidade Eduardo Mondlane, Maputo, Moçambique

² Danish Seed Health Centre for Developing Countries, University of Copenhagen, Denmark



UNIVERSITY OF
COPENHAGEN



Conteúdo

	Página
Introdução	1
Produção de Repolho em Moçambique	2
Podridão Negra	3
Ciclo da Doença	3
Sintomas da Doença	3
Diagnóstico da doença e Isolamento do Patógeno	5
Maneio da Podridão Negra	6
Uso de semente livre da doença-	
tratamento da semente	6
Práticas culturais e sanidade no campo	6
Uso de variedades resistentes	7
Controlo biológico	7
Controlo químico	8
Lista de Bibliografia	8

Introdução

Podridão negra das crucíferas (PNC) causada por *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* (Xcc) é em todo o mundo uma das doenças economicamente mais importantes das brassicas em todo o mundo, especialmente em climas temperados e tropicais, particularmente sob condições de alta humidade e calor (Agrios, 2005), condições essas prevalentes numa das duas estações climáticas que se observam em Moçambique ao longo do ano.

De facto, inquéritos conduzidos entre 2007 e 2008 na região Sul do País sobre manejo da PNC, acompanhados de levantamentos de campo confirmaram que sobre condições de alta pluviosidade podem ser verificadas perdas de rendimento na ordem dos 100% (Fig.1). O patógeno pode sobreviver nos restolhos da planta incorporados no solo, nas infestantes e no material de propagação (Fig. 2).

A produção de semente nos trópicos esta geralmente associada a elevada incidência, sendo a semente a fonte de inoculo primário. Semente contaminada e ou infectada pela doença é uma das mais importantes fontes de inoculo. Com efeito, apenas uma semente infectada num universo de 10, 000 sementes testadas num lote, é considerado um limiar aceitável, mas tolerância zero deve ser observada na produção de repolho a partir de viveiro (Schaad, 1982; ISTA, 2007).



Figure 1. Perdas na ordem dos 100% devido a podridão negra em Boane



Figure 2. Produção da semente de couve Tronchuda Portuguesa generalment associada a elevada incidência da podridão negra em Moçambique

A importância de usar material de propagação livre da doença é destacado pelo facto de uma infecção negligenciável de apenas 0.03% das sementes usadas podem resultar em epidemia no campo, e uma infecção de 0.05% no viveiro pode progredir para 65% em três semanas (Roberts et al., 2007). De salientar, que o estado fitossanitário da semente de brássica comercializada em Moçambique, é geralmente desconhecida. Aliado a isto, os testes de sanidade da semente no concernente a infeção bacteriana da semente importada no País, são muito deficitários, e geralmente feita com base no exame visual dos sintomas. Shigaki et al. (2000) demonstrou uma dispersão relativamente rápida da doença a partir de plantas infectadas assintomáticas (infeção latente), pelo que certificação fitossanitária com base no exame visual dos sintomas não é efectiva. Por outro lado, trabalho de campo conduzido entre 2007 e 2008 na região sul do País, concluiu que o papel de material de propagação (semente e viveiro) infectado como fonte de inoculo primário no campo era negligenciado pelos produtores de repolho, e pelos agentes de extensão.

O manejo da PNC, nas condições actuais da produção das brassicas em Moçambique é um verdadeiro desafio. A ausência de variedades resistentes, a disponibilidade limitada da área irrigável, a necessidade de estar mais perto possível do mercado, limita os agricultores na prática de rotação de culturas, agravando de certa maneira a incidência da doença. O problema é agravado pelo cultivo contínuo de repolho ao longo do ano, e de não condução de testes que pelo menos possam garantir o uso do material de propagação livre da doença. Mais ainda, trabalhos de campo confirmaram que os viveiros eram feitos nos mesmos locais, podendo ser mesmo ao lado de campos com outras brássicas de idade mais avançada, predispondo os campos para uma situação de epidemia. Os viveiros devem estar a uma distância mínima de 400m dos campos definitivos do repolho (Babadoost, 1996).

O presente boletim técnico, concentra-se na epidemiologia, sintomatologia, e nas técnicas básicas do diagnóstico, bem como nas estratégias do manejo da doença. Sendo que, afigura-se como uma ferramenta muito importante para os inspectores flossanitários, agentes de extensão, entidades certificadoras de semente, analistas fitossanitários da semente, os produtores de Brássicas, etc.

Produção de Repolho em Moçambique

A produção de repolho (*Brassica oleracea* L. var. *capitata* L.) em Moçambique ocupa um lugar de destaque na horticultura, posicionando-se em terceiro lugar, depois do tomate e cebola. As potenciais áreas de produção de repolho no País, são os vales do rio Incomati, Umbelúzi e Limpopo no sul; as regiões planálticas de Manica e Angónia e Lichinga no centro; e a região de Lichinga no norte (INE, 2002).

A produção de repolho em Moçambique tem sido agravada por sucessivos períodos de estiagem. A título de exemplo entre 1982-1984 o ciclone El-Niño afectou um terço (oito províncias) do País, com maior incidência na região Sul do País. Curiosamente a única hortícola disponível nos mercados locais das províncias mais afectadas era o repolho, o qual era chamado “se não fosse eu”.

Em Moçambique o repolho é cultivado ao longo de todo ano. Contudo devido a sua elevada susceptibilidade ao ataque pela *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* causador da podridão negra e da traça da couve (*Plutela xylostela*) na época quente e chuvosa, é geralmente feito na época fresca e seca, entre Março e Agosto. Em geral, na preparação dos viveiros a rega é por regador manual, enquanto que nos campos é por gravidade (Fig. 3).



Figure 3. Campos de repolho sob rega por gravidade no distrito de Chókwè

Porém, na produção feita nas cintura verde das grandes cidades a rega é 100% com base no regador manual. A rega por regador manual, e ou qualquer tipo de rega que simula rega por aspersão, propicia a formação de gotículas de água que podem transportar a bactéria Xcc e favorecer a disseminação (Carisse et al., 2008).

Podridão Negra

Podridão negra é causada por uma bactéria Gram-negativa, aeróbia obrigatória, baciliforme e móvel através de flagelos monótricos. Podridão negra é considerada a mais séria doença das crucíferas, podendo causar sérios prejuízos a lavoura.

Os sintomas podem aparecer em qualquer estágio de desenvolvimento da planta. Um dos sintomas comuns é o aparecimento de lesões amarelas em forma de "V", com o vértice voltado para o centro da folha. Com o desenvolvimento da doença, as folhas tornam-se amarelas e podem apresentar subdesenvolvimento, murcha, necrose, queda prematura e apodrecimento das plantas afetados. Os vasos das folhas, ramos e raízes podem apresentar-se negros devido a um polissacarídeo produzido pelo patógeno.

Sintoma morfológico: podridão

Ciclo da doença e epidemiologia

Sementes constituem a principal fonte de inoculo primário. Aquando da germinação as plântulas ficam infectadas através do epicotilo, e as infecções pode ser observado pela presença de Margens escuras nos cotilédones, e posteriormente secagem e queda dos mesmos. O patógeno progride através do sistema vascular para toda planta, resultando no aparecimento de manchas foliares cloróticas a necróticas em forma de V, que se estende da margem foliar em direção a nervura central. Sob condições de elevada humidade, a bactéria presente nas gotículas de água cobre a superfície das folhas e outra parte da planta, pode ser disseminada pelo vento, chuva, e pelos implementos agrícolas usados no manejo da cultura. O processo natural da invasão da bactéria Xcc é através hidatodes e estomas das folhas, injúrias causadas pelos insectos e ou através do sistema radicular das folhas. O Patógeno pode sobreviver nos restos culturais incorporados no solo até dois anos, mas não mais do que seis meses quando não albergado nos restos da cultura, podendo servir como fonte de inoculo secundário.

Sintomas da Doença

As plantas podem ser infectadas pelo Patógeno Xcc em qualquer estágio do seu crescimento. Nas plântulas a infeção começa por necroses negras nas margens dos cotilédones (Fig. 4). Com a progressão da doença os cotilédones secam e caem. Com infeção severa no viveiro, as plântulas apresentam cloroses a necroses podendo murchar (Fig.5).



Figure 4. Necroses em forma de V nos cotilédones infectados com a PNC (Fotografia C. M. Mguni, Zimbabwe)



Figure 5. Cloroses e necroses foliares no viveiro de repolho



Figure 6a. Necroses foliares em forma de V (Fotografia S.M.S. Massomo, Tanzania)



Figure 6b. Colapso do tecido internerval em repolho

No campo, a infecção pela Xcc causa lesões foliares cloróticas a necróticas começando a partir das margens em forma de V com o vértice voltado para a base da folha (Fig. 6a & b), descoloração vascular preta a castanha (Fig. 7), paralisação do crescimento.

A descoloração preta dos tecidos vasculares dá o nome comum a doença “Podridão negra”. Com o avanço do patógeno das margens foliares para as nervuras, cloroses e colapso necrótico do tecido internerval (Fig. 7b), desenvolve-se como resultado do bloqueio dos vasos condutores por exopolissacarídeos bacterianos e pelos componentes da parede celular degradada. Lesões criadas pelo ataque de Xcc podem servir como porta de entrada para outros saprófitos ou parasitas facultativos, tais como *Pectobacterium carotovorum* subsp. *carotovorum* (Syn. *Erwinia carotovora* pv. *carotovora*) (Fig. 8).



Figure 7. Sintomas sistêmicos da podridão negra: planta saudável (esquerda); decoloração castanha (ou preta) no caule do repolho que se estende em algumas folhas internas (direita)



Figure 8. Sintomas da podridão mole causada por *Pectobacterium carotovorum* subsp. *carotovorum*

Diagnóstico da Doença e Isolamento do Patógeno

Muitos estudos tem demonstrado que algumas bactérias patogénicas são transmitidas mesmo através da semente colhida em variedades tolerantes e ou em plantas assintomáticas (Janse, 2005). Pelo que programas de certificação fitossanitária baseados somente em inspecção visual dos sintomas da doença, não são fiáveis.

Dois métodos básicos são recomendados para o isolamento de bactéria patogénica das sementes e outra parte da planta, nomeadamente detecção directa e indirecta. A escolha do método depende de vários factores, incluindo o objectivo do isolamento (pesquisa ou rotina), localização do patógeno no material infectado (endofítica ou epifítica), experiência do analista, etc. (Saettler et al., 1989).

Detecção directa consiste em identificar o patógeno sem que primeiro seja isolado e purificado. Métodos de detecção directa não requer muito conhecimento técnico, mas em geral levam muito tempo e são incóclusivos (Schaad, et al., 2001). O método de detecção directa mais usado é o de sementeira directa da semente “growing on test”, no qual semeia-se a semente e de quando em vez vai-se inspecionando a manifestação dos sintomas nas plantas germinadas. (Fig. 9)



Figure 9. Método de detecção directa do patógeno “Growing on method”

Por outro lado, o métodos de detecção indirecta mais usados são a inoculação directa da semente no meio de cultura específico “agar plating assay” e inoculação do extracto da semente, proveniente da suspensão da semente na água destilada estéril com 1% de cloreto de sódio “liquid plating assay” (Fig.10) “liquid plating assay” (Schaad, et al., 2001).



Figure 10. Método de detecção: Inoculação directa da semente no meio de cultura SX agar (esquerda) e inoculação do extracto da semente no meio de cultura FS agar (direita) (Fotografia DSHC)

De salientar que o método mais fiável e eficiente para a detecção de rotina de Xcc, é o da inoculação do extracto da semente no meio semi-selectivo. Vários meios de cultura semi-selectivos estão disponíveis para o isolamento de Xcc, nomeadamente NSCA, NSCAA, BSCAA, mCS20ABN and FS (Schaad, 2001; ISTA, 2007). Uma vez detectada a bactéria quer no método directo quer no indirecto, segue-se os procedimentos para purificação e posterior identificação. A identificação é feita pela combinação de características morfológicas da bactéria, testes bioquímicos, serológicos, moleculares e confirmado com base no teste de patogenicidade.

Maneio da Podridão Negra

O controlo da PNC é difícil e apenas pode ser alcançado através do uso material de propagação livre da doença, variedades resistentes e práticas culturais que limitam a disseminação do patógeno (Vicente, 2007).

Tratamento da Semente

O tratamento da semente em água quente entre 50-52°C por 20-30 minutos, é largamente usado, embora em alguns casos o tratamento possa afectar o poder e vigor germinativo. O tratamento térmico húmido, também pode ser feito com solução aquosa de hipocloreto de sódio (javel) a 0.5%, entre 50-52°C por 15 minutos numa dose 5ml/g de semente. Tratamento térmico da semente a seco, a 75°C por 5-7 dias é igualmente eficiente e sem nenhum efeito adverso na germinação (Humaydan, et al., 1980). O tratamento térmico é igualmente eficiente contra muitos patógenos transmitidos pela semente (Babadoost, 1996).

Práticas Culturais e Saneamento do Campo

Na produção de plântulas:

- Estabelecer viveiros e novas plantações de repolho longe ($\geq 400\text{m}$) dos campos com culturas relativamente mais velhas e em locais sem registos da doença (Kocks & Zadoks, 1996; Babadoost, 1996);
- Selecionar locais com boa drenagem e usar viveiros com uma pequena elevação em relação ao nível normal do solo (Segeren et al., 1994);
- Vários canteiros pequenos são aconselháveis do que um grande, especialmente quando são usadas diversas variedades ou semente proveniente de lotes diferentes;
- Aquando do transplante, deve se ter o cuidado de evitar injúrias nas plantas bem como mergulhar as plantas em qualquer água, pois estas práticas concorrem para a disseminação da doença se algumas plântulas estiverem infectadas (Shigaki, et al., 2000);
- Todas alfaias usadas no viveiro e ou num campo devem ser esterilizadas antes de serem usadas num outro local com brássicas (Babadoost, 1996);
- Para os produtores comerciais de plântulas, o material deveria ser certificado como livre da PNC pelo inspetor fitos sanitário, antes de ser vendido (Babadoost, 1996).

No campo definitivo:

- Destruir os restos da cultura anterior e as infestantes da família das crucíferas, através de incorporação no solo, seguido de rotação de cultura ou de um período de pousio de aproximadamente dois anos (Mguni, 1996). Solanáceas (tomate, pimenta, melância), cucurbitáceas (abóbora, pepino) (Carisse et al., 2008) gramíneas e cereais não são susceptíveis a PNC. A eliminação dos restos da cultura pode ser feita através da queima ou administração dos mesmos aos animais.
- Evitar regar as plantas ao fim do dia, por forma a evitar que as folhas pernoitem molhadas, pois excessiva humidade na superfície das folhas favorece a penetração e disseminação do Patógeno (Babadoost, 1996). Desencoraja-se rega por aspersão, e ou outro tipo de rega que deixa a canópia foliar molhada (ex.: rega dor)

Uso de Variedades Resistentes

O uso de variedades resistentes ou tolerantes a PNC, onde quer que estejam comercialmente disponíveis, foi desde sempre reconhecido como sendo uma boa estratégia de manejo da doença. Levantamentos de campo acompanhados de inquéritos aos agricultores, constataram que as variedades normalmente produzidas pelos agricultores são: Copenhagen market, Gloria F1, Gloria of Enkhuizen, Star 3308, Star 3317, Drumhead, Tropicana e Conquistador. Para melhor recomendar aos produtores estas variedades foram submetidas aos ensaios de campo na Estação Agrária de Chókwè em duas épocas consecutivas. Importa lembrar que a doença é favorecida por períodos quentes e chuvosos. De salientar que na época fresca e seca (de Março – Agosto) os agricultores não correm muitos riscos de perdas devido a doença, independentemente das suas opções em termos de variedade. Contudo na época chuvosa e quente as variedades Conquistador, Tropicana e Star 3308 demonstraram ser relativamente tolerantes em relação às outras (Fig. 11).



Figure 11. Ensaio de campo mostrando variabilidade das diferentes variedades no concernente a tolerância a podridão negra das Brassicas.

Além disso existem algumas variedades resistentes a doença comercialmente disponíveis em alguns mercados fora do País, incluindo na vizinha RSA, tais como Guardiã, Defender, Hancock, Gladiator, Bravo, Supermarket e Blueboy (Babadoost, 1996). Ensaios de campo conduzidos na Tanzânia, constaram que a variedade híbrida N66 F1 resistente, e as variedades Talismã F1, Fortress F1, Bravo F1, Blue Thunder F1 e Adelita F1 moderadamente resistentes a PNC e com bons atributos comerciais (Massomo et al., 2003) podem de alguma forma substituir as variedades susceptíveis disponíveis no Mercado Moçambicano.

Controlo Biológico

Para os pequenos agricultores de Brassicas, cuja semente de qualidade e com algum grau de resistência contra doença pode ser caro, uma alternativa seria o uso de agentes de controlo biológico. O uso de espécies do género *Bacillus* como agentes de controlo biológico da podridão negra foi avaliado no ensaio de campo em Tanzânia e Zimbabwe. De salientar, que melhores resultados tem sido alcançados quando o agente de controlo biológico é aplicado ao nível do sistema radicular aquando do transplante. Dentre as espécies do género *Bacillus* testadas *B. subtilis*, *B. cereus*, *B. lentimorbus* e *B. pumilus* foi a que teve melhor performance no campo na redução do ataque pela doença (Mguni, 1996; Massomo, 2002; Wulff et al., 2002). De salientar muitas espécies de género *Bacillus* ocorrem naturalmente em muitos tropicais sob condições de exploração agrícola similares às do nosso País.

Controlo Químico

Compostos a base de cobre, tais como oxicloreto de cobre, óxido de cuproso e hidróxido de cobre, todos disponíveis no mercado nacional, podem reduzir a severidade da podridão negra nas folhas, caule e cabeça do repolho. Ensaio de campo conduzido na Estação Agrária de Chókwè, constatou que os três compostos eram igualmente efectivos na redução da intensidade da doença. De salientar que resultados satisfatórios dos fungicidas a base cobre são conseguidos quando aplicados antes do aparecimento dos primeiros sintomas típicos da doença. O controlo químico pode igualmente ser aplicado preventivamente na semente, podendo ser a base do tratamento térmico húmido com 0.5% de acetato de cobre dissolvido em 0.005% de ácido acético, durante 20 minutos a 40°C (Schaad, 1982).

Lista de Bibliografia

Agrios, G.N. (2005). Plant Pathology. Department of Plant Biology, University of Florida, Elsevier Academic Press, Fifth Edition, San Diego, California, USA, 922pp.

Babadoost, M., Deries, M.L. and R.L. Gabrielson. (1996). Efficiency of sodium hypochlorite treatments for control of *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* in brassica seeds. Seed science technology. 24(1):7-15

Bradbury, J.F. (1984). Genus II. *Xanthomonas*. In: Bergey's Manual of Systemic Bacteriology, Vol. 1, Edited by N.R. Krieg. Baltimore: Williams and Wilkins, 199-210.

Carisse, O., Toussaint, V. and Otis, T. (2008). Preventing Black Rot [homepage on the internet]. No date [cited on 2008 April 15]. Available from: http://dsp-psd.pwgsc.gc.ca/Collection/A42-83_1999E.pdf.

Harman, G.E. Norton, J.M. and Stasz, T.E. (1987). Nyolate Seed treatment of *Brassica* spp. to eradicate or reduce black rot caused by *Xanthomonas campestris* pv. *campestris*. Plant Disease 71:27-30.

Humaydan, H.S., Harm, G.E., Nedrow, B.L. and DiNitto, L.V. (1980). Eradication of *Xanthomonas campestris* pv. *campestris*, the causal agent of black rot, from Brassica seeds with antibiotics and sodium hypochlorite. Phytopathology 70:127-131.

INE (2002). Censo Agro-pecuário 1999 – 2000; Maputo.

Kocks, C.G. and Zadoks, J.C. (1996). Cabbage refuses piles as sources of inoculum for black rot epidemics. Plant Disease. 80:789-792.

Ignatov, A., Kuginuki, Y. and Hida, K. (2007). Race-specific reaction of resistance to black rot in Brassica oleracea. European Journal of Plant Pathology 104: 821-827.

ISTA (2007). Detection of *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* on Brassica spp. International Seed Testing Association (ISTA), Bassersdorf, Switzerland, 360 pp.

Janse, J.D. (2005). Phytobacteriology: Principles and Practice. CABI Publishing, Wallingford, Oxford shire Ox10 8DE, UK, 360 pp.

Massomo, S.M.S., Mabagala, R.B., Mortensen, C.N., Newman, M. and Hockenhull, J. Biocontrol of black rot (*Xanthomonas campestris* pv. *campestris*) in Tanzania with Bacillus strains and potential use of *Arabidopsis thaliana* for studying mechanisms of action. In: Massomo, S.M.S. (2002). Black Rot of Cabbage in Tanzania: Characterisation of *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* and Disease Management Strategies. PhD Thesis, The Royal Veterinary and Agricultural University, Copenhagen, Denmark, 151-190.

Massomo, S.M.S., Mabagala, R.B., Mortensen, I.S., Swai, M. and Hockenhull, J. Evaluation of varietal resistance in cabbage against the black rot pathogen, *Xanthomonas campestris* pv. *campestris*, in Tanzania. Crop Protection 23: 315-325.

Mguni, C.M. (1996). Bacterial Black Rot (*Xanthomonas campestris* pv. *campestris*) of vegetable brassicas in Zimbabwe. The Royal Veterinary and Agricultural University, Copenhagen, Denmark. PhD thesis, 144 pp.

Roberts, S.J., Brough, J. And Hunter, P.J. (2007) Modelling the spread of *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* in module-raised brassica transplants. Plant Pathology 56: 391-401.

Saettler, A.W., Schaad, N.W. and Roth, D.A. (1989) Detection of Brassica in Seeds and Other Planting Material. The American Phytopathological Society (APS), St. Paul, Minnesota, USA, 122 pp.

Schaad, N.W. Jones, J.B. and Chum, W. (2001). Laboratory Guide for the Identification of Plant Pathogenic Bacteria, 3rd Edition, St. Paul, MN, American Phytopathological Society, USA.

Schaad, N.W. and Donalson, R.C. (1982). Detection of seed-borne bacterial plant pathogens. Plant Disease 66:885-890.

Schaad, N.W and White, W.C. (1974). Survival of *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* in soils. Phytopathology 64:1518-1520.

Segeren, P., Van den Oever, R. And Campton, J. (1994). Pragas, Doenças e ervas daninhas nas culturas alimentares em Moçambique. INIA, Moçambique, 258pp.

Shigaki, T.M Nelson, S.C. and Alvarez, A.M. (2000). Symptomless spread of blight-inducing strains of *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* on cabbage seedlings in misted seedbeds. 2000. European Journal of Plant Pathology 106: 339-346.

Shiomi, T. (1992). Black rot of cabbage seeds and its disinfection under a hot-air treatment. Japan Agricultural Research Quarterly 26: 13-18.

Vicente, JG. (2007). Black Rot of Crucifers. Warwick HRI [serial online]. 2007 May 18 [cited 2008 Jan]; 2pp. Available from <http://www2.warwick.ac.uk/fac/sci>

Vicente J.G., Conway, J., Roberts, S.J. and J.D. Taylor. (2001). Identification and origin of *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* races and related pathovars. Phytopathology 91, 492-499.

Williams, P.H. (1980). Black rot: a continuing threat to world crucifers. Plant disease 64:736-742.

Wulff, E.G., Mguni, C.M., Mansfeld-Giese, K., Fels, J., Lubeck, M. and Huckenhull, J. (2002). Biochemical and molecular characterization of *Bacillus amyloliquefaciens*, *B. pumilus* isolates with distinct antagonistic potential against *Xanthomonas campestris* pv. *campestris*. Journal of Plant Pathology 51:574-584.



DSHC
2012

**Esta publicação técnica foi financiado com recursos do projeto
Danida Enreca Project Life-731, SHIP e la Faculdade de Agronomia e
Engenharia Florestal, Universidade Eduardo Mondlane, Maputo, Mozambique**